An. Inst. Biol. Univ. Nal. Autón. de Méx. 51, (1980) Ser. Zool. (1): 69-84, 28-XII-1981

CÉSTODOS DE PECES I. *BOTHRIOCEPHALUS* (*CLESTOBOTHRIUM*) *ACHEILOGNATHI* (CESTODA: BOTHRIOCEPHALIDAE)*

SERAPIO LÓPEZ JIMÉNEZ**

RESUMEN

Se registra, por primera vez en México, la presencia de *Bothriocephalus* (*Clestobothrium*) *acheilognathi* (Yamaguti 1934) Baer & Fain 1958, parásito del intestino de la carpa herbívora *Ctenopharyngodon idella,* introducida al país en 1965, procedente de China. Se da la incidencia e intensidad de infección; se redescribe la especie, se discute su posición taxonómica y se mencionan algunas formas para combatir la parasitosis.

Palabras clave: *Bothriocephalus* (*Clestobothrium*) *acheilognathi, Ctenopharyngodon idella,* Incidencia, Redescripción, Taxonomía, Profilaxis.

ABSTRACT

Bothriocephalus (*Clestobothrium*) *acheilognathi* (Yamaguti, 1934) Baer & Fain 1958, is recorded for the first time from Mexico from the intestine of the "grass carp" *Ctenopharyngodon idella,* carried from China to Mexico in 1965. The incidence and intensity of the infection is recorded, the species is redescribed, its taxonomic position is discussed, and some suggestions for its control are given.

Key words: *Bothriocephalus* (*Clestobothrium*) *acheilognathi, Ctenopharyngodon idella,* Incidence, Redescription, Taxonomy, Control.

INTRODUCCIÓN

Con el desarrollo de la piscicultura y la transferencia indiscriminada de peces comerciales y ornamentales se han introducido diferentes especies de parásitos en lugares en donde antes no existían.

Bothriocephalus (*Clestobothrium*) *acheilognathi* (Yamaguti, 1934) Baer & Fain 1958, conocido como céstodo asiático, fue introducido en 1965 junto con la carpa herbívora, *Ctenopharyngodon idella,* procedente de China. Osorio-Sarabia (com. per.) lo registró en 1977 en carpas herbívoras de la Presa del Infiernillo, Michoacán.

* Parte de este trabajo fue presentado en el 2º Simposio Latinoamericano de Acuicultura (México, del 13 al 17 de noviembre de 1978). Realizado en el Laboratorio de Helmintología, Instituto de Biología, UNAM.

** Oficina de Sanidad y Nutrición Acuícola. Departamento de Pesca. México, D. F.

Posteriormente, a principios del año de 1978 fue encontrado en carpas herbívoras del Centro Piscícola de Tezontepec, Hidalgo.

B. (*Clestobothrium*) *acheilognathi* parasita principalmente ciprínidos, pero se le ha encontrado en peces pertenecientes a otras familias, como es el caso de *Silurus glanis* de la familia Siluridae, de *Gambusia affinis* de la familia *Poeciliidae* y de *Pseudoscaphirhynchus kaufmanni* de la familia Acipenseridae. Este helminto produce la enfermedad llamada botriocefalosis que causa disturbios de la digestión y puede ocasionar la muerte a su hospedero sobre todo en las formas juveniles.

El parásito requiere en su ciclo de vida la presencia de un hospedero intermediario, el cual es un copépodo o una "pulga de agua". Los peces se infectan cuando ingieren los pequeños crustáceos, en las primeras semanas de su vida. Las carpas adultas a pesar de que no sufren graves daños actúan como diseminadores del parásito.

Ctenopharyngodon idella se introdujo en nuestro país con el fin de solucionar el grave problema que representa el combate de las malezas acuáticas. Se importaron un total de 6,000 crías, las cuales se colocaron en la estanquería del Centro Piscícola de Tezontepec, Hidalgo. En 1971 se logró el desove de este pez y las crías se cultivaron en el Centro Piscícola de Pátzcuaro, Michoacán. Posteriormente, un total de 8,600 crías se introdujeron a la Presa del Infiernillo, Michoacán.

A partir de 1972 mediante el Primer Plan Ciprinícola, este pez se distribuyó en los plrincipales ríos de la vertiente del Golfo de México y del Pacífico, así como en algunas presas y lagos. Actualmente se reproduce en forma natural en la Unidad Río Cupatitzio-Presa del Infiernillo en Michoacán (Rosas Moreno, 1976).

Material y Método

Los parásitos proceden del Centro Piscícola de Tezontepec y fueron recolectados en los meses de mayo, julio y octubre de 1978.

Se examinaron un total de 78 peces y los parásitos fueron contados para establecer la incidencia y la intensidad de la infección. Para determinar la especie, algunos ejemplares fueron fijados durante 24 horas en líquido de BOUIN y AFA, aplanándolos entre dos portaobjetos y conservándolos posteriormente en alcohol etílico de 70° hasta que fueran teñidos. Se tiñeron con paracarmín de Meyer, tricómica de Gomori, hematoxilina de Delafield y rápida de Mallory-Heidenhain. Se hicieron preparaciones totales montando en bálsamo del Canadá. Los cortes histológicos se realizaron con el micrótomo de parafina y se tiñeron en hematoxilina-eosina, montándose con resina sintética.

Los dibujos fueron hechos con ayuda de la cámara clara. Todas las medidas están dadas en milímetros.

Resultados

En mayo de 1978 se examinaron 19 carpas herbívoras, de las cuales 17 estaban parasitadas; esto representa una incidencia de un 89.4% y un promedio de inten-

sidad de infección de 88.2 parásitos por pez, habiéndose encontrado hasta 254 parásitos en un solo pez de 132 de longitud total y con un peso de 21.8 gr.

En julio de 1978 se examinaron 43 peces, de los cuales siete estaban parasitados; esto dio una incidencia de un 16.2% y una intensidad de infección de 26.1 parásitos por pez, encontrándose un máximo de 173 céstodos en un solo pez de 277 de longitud total y un peso de 287 gr.

En octubre de 1978 se examinaron 16 peces, resultando parasitados nueve de ellos, lo cual nos dio un valor de 56.2% de incidencia de parasitosis y una intensidad de infección de 22.7 parásitos por pez, habiéndose encontrado un máximo de 116 céstodos en un solo pez.

En forma global, nuestros datos nos dan como resultado un índice de parasitosis de un 42.3% y una intensidad de infección de 55.1 parásitos por pez.

Bothriocephalus (*Clestobothrium*) *acheilognathi* presenta variaciones morfológicas debido a las cuales ha caído en sinonimia en varias ocasiones. Consideramos importante hacer la redescripción, para tener un mejor conocimiento de la especie, y además por ser la primera vez que se le registra en México.

Descripción

Los adultos, de color blanco, miden de 35.076 a 130.0 de longitud total y de 0.355 a 1.440 de anchura máxima.

El escólex comprimido, tiene forma de corazón visto lateralmente (Fig. 1) y mide de 0.805 a 1.61 de largo por 0.692 a 1.529 de ancho. Al aplanarse tiende a quedar de lado casi siempre. Dorsoventralmente el escólex presenta una forma rectangular (Fig. 2), pero en ocasiones está más ensanchado en la base, adoptando una forma trapezoidal. En los ejemplares observados no es notorio el disco terminal. En vivo los gusanos muestran gran actividad y prolongan el escólex de tal forma que el extremo anterior se ve más adelgazado que el resto. El escólex presenta dos profundos botrios de los cuales uno es dorsal y el otro ventral.

La segmentación principia inmediatamente abajo del escólex; en ocasiones se observa segmentación secundaria. Los segmentos inmaduros son más anchos que largos, miden 0.414 a 0.828 de ancho por 0.103 a 0.236 de largo. Los segmentos maduros miden 0.310 a 1.258 de largo por 0.547 a 1.154 de ancho. Los segmentos grávidos miden 0.325 a 1.139 de largo por 0.562 a 1.440 de ancho. Hay una gran variabilidad en el nivel de diferenciación de los esbozos genitales; en la mayoría de los ejemplares se comienzan a notar después del segmento 100 (del 117 al segmento 190). Una cosa similar ocurre en la producción de huevos; éstos se aprecian a partir del segmento 135 (del 135 al segmento 276).

Aparato reproductor masculino (Fig. 4). Está representado por los testículos en número de 62 a 76 por proglotidio; pequeños y esféricos, son un poco más grandes que los folículos vitelinos; están distribuidos en el parénquima medular ocupando los campos laterales del segmento, miden de 0.0328 a 0.0656. El conducto deferente está muy plegado, se encuentra situado ventrolateralmente al extremo proximal de la bolsa del cirro, opuesto al conducto uterino. La bolsa del cirro es musculosa y piriforme, está situada en la línea media o desplazada ligeramente

a la derecha o a la izquierda de cada segmento, oblicuamente y en dirección opuesta al conducto uterino. Ocupa la porción ecuatorial o postecuatorial, posterior al saco uterino. Desemboca al poro genital. Mide de 0.094 a 0.110 de largo por 0.065 a 0.077 de ancho. Dentro de la bolsa del cirro el conducto eyacuador es muy contorneado, haciéndose casi recto a medida que se acerca al cirro (Fig. 6). El cirro es de forma cilíndrica algo ensanchado en su porción inicial; de doble pared, en su porción final es redondeado. En preparaciones totales es de aspecto transparente. Está situado en el último tercio de la bolsa del cirro. En cortes transversales mide aproximadamente 0.0304 de largo por 0.0064 de ancho en su porción media. El orificio genital está situado en la mayoría sobre la línea media del cuerpo o ligeramente desplazado a un lado, en dirección opuesta al conducto uterino. Se abre en la superficie dorsal.

Aparato reproductor femenino (Fig. 7). Representado por un ovario que es elongado, situado en la línea media cerca del margen posterior del segmento en el parénquima medular; mide de 0.236 a 0.399 de longitud por 0.059 a 0.133 de ancho. Consiste de dos lóbulos dorsolaterales y un istmo del cual parte el oviducto sobre el lado dorsal. El oviducto se amplía dando una apariencia globosa en la unión con la vagina, pero después vuelve a estrecharse y se dirige hacia adelante haciendo una ligera curvatura hacia un lado hasta unirse al reservorio vitelino. Esta región comprendida entre las uniones de la vagina y el reservorio vitelino, es llamada por algunos autores canal de fertilización. Un poco más adelante de la unión del oviducto y el reservorio vitelino parte el conducto uterino en cuya región inicial se encuentra el ootipo, en el cual desemboca la glándula de Mehlis. La vagina es un poco contorneada y desemboca en el atrio genital enfrente de la bolsa del cirro.

El conducto uterino, situado en la línea media, es muy sinuoso y amplio, desemboca en el saco uterino muscular, el cual se comunica con el orificio uterino que se abre en la línea media de la superficie ventral cerca del borde anterior del segmento.

Las glándulas vitelógenas, de naturaleza folicular, son muy numerosas; esféricas o ligeramente ovales, se localizan en el parénquima cortical, ocupando los campos laterales del segmento; tienen un diámetro que varía de 0.028 a 0.049. De cada folículo vitelino salen pequeños canales que se unen a dos conductos situados en la región dorsal, uno a la derecha y otro a la izquierda de cada segmento. Los dos conductos se unen en la línea media, dorsalmente al oviducto, y forman el reservorio vitelino, el cual es alargado y amplio, estrechándose en la unión con la parte inicial del útero. El reservorio vitelino mide de 0.094 a 0.102 de largo por 0.036 a 0.041 de ancho.

Los huevos son ovales, de cáscara delgada, operculados, aunque el opérculo no es notorio sino hasta que ha salido el coracidio; presentan diversos grados de desarrollo del embrión y sólo en algunos huevos se observa la larva con los ganchos. Miden de 0.048 a 0.057 de longitud por 0.045 de anchura.

El aparato excretor está representado por dos vasos longitudinales principales que se localizan en el parénquima medular en las partes laterales de cada segmento.

Discusión

El parásito fue descrito por primera vez en 1934, por Yamaguti en el Japón como *Bothriocephalus acheilognathi,* parasitando a *Acheilognathus rhombea.* Al mismo tiempo describió a *Bothriocephalus opsariichthydis* del intestino de *Opsariichthys uncirostris.*

En 1955, Yeh, de China, describió a *Bothriocephalus gowkongensis* encontrado en la parte anterior del intestino de la carpa herbívora *Ctenopharyngodon idella.* En este mismo trabajo Yeh, expresó que *B. opsariichthydis* era sinónimo de *B. acheilognathi* y además dio las diferencias de *B. gowkongensis* con *B. acheilognathi*; estas diferencias eran básicamente morfológicas, sin tomar en cuenta la anatomía interna.

En 1958, Baer y Fain hicieron una nueva combinación quedando la especie como *B.* (*Clestobothrium*) *acheilognathi.*

En 1968, Molnár, de Hungría, describió a *Bothriocephalus phoxini* encontrado en el intestino de *Phoxinus phoxinus.*

Dubinina en 1971 indica que probablemente *B. gowkongensis* es idéntico a *B. opsariichthydis* (Molnár, 1973).

B. gowkongensis fue introducido a Austria por medio de peces importados de Hungría, y tiempo después Otte *et. al.* (1972) lo identificaron como *B. acheilognathi.* Körting en 1975, llegó a la conclusión de que las especies *B. opsariichthydis* y *B. gowkongensis* son sinónimos de *B. acheilognathi* (Molnár, 1977).

Molnár (1977) demostró por medio de infecciones cruzadas que *B. gowkongensis* y *B. phoxini* son una misma especie y de acuerdo con Körting, propone el reconocimiento de la prioridad de *B. acheilognathi* Yamaguti, 1934.

En su artículo de 1958, Baer y Fain describieron a *B.* (*Clestobothrium*) *kivuensis* que presenta el escólex con una estructura semejante a la de *B. acheilognathi* y a su vez la comparan con la de *Clestobothrium crassiceps* única especie del género. Estos investigadores piensan que no es muy válido crear un género basándose únicamente en la forma del escólex y colocan el género a nivel de subgénero, quedando las especies de la siguiente forma: *Bothriocephalus* (*Clestobothrium*) *crassiceps* (Rudolphi, 1819) Baer y Fain, 1958; *Bothriocephalus* (*Clestobothrium*) *acheilognathi* (Yagaguti, 1934) Baer y Fain, 1958; *Bothriocephalus* (*Clestobothrium*) *kivuensis* Baer y Fain, 1958. En este mismo trabajo Baer y Fain proponen la desaparición de la familia Bothriocephalidae, argumentando que fue resurgida por Wardle y McLeod (1952) basándose principalmente en la presencia de opérculo en los huevos y colocando en la familia Ptychobothriidae a las especies cuyos huevos carecen de opérculo.

A pesar de la antigüedad del artículo de Baer y Fain, éste no ha sido muy conocido por los investigadores, además de que al céstodo se le difundió con el nombre de *B. gowkongensis.*

Estamos de acuerdo con el punto de vista de Baer y Fain de hacer una nueva combinación, pues la forma del escólex de estas tres especies es muy parecida y crea confusión en la diagnosis de los géneros.

Las familias Bothriocephalidae y Ptychobothriidae tienen muchas semejanzas entre sí y pensamos que deben constituir una sola, pues en el género *Bothrioce-*

phalus se han registrado especies que presentan huevos sin opérculo o que aparentemente no lo tienen, como en el caso de los observados por nosotros; además, en algunas especies, los huevos presentan un estado avanzado de la segmentación, como ocurre en *B.* (*Clestobothrium*) *acheilognathi* y en *B.* (*Clestobothrium*) *kivuensis.* Proponemos que la familia que se siga utilizando sea Bothriocephalidae modificando su diagnosis.

La carpa herbívora se empezó a distribuir a otros países trayendo consigo la dispersión del parásito. En Rusia, el helminto fue encontrado inicialmente por Malevitskaya en 1957, en la región de la Ucrania. Actualmente se encuentra ampliamente distribuido en centros piscícolas y aguas naturales de este país (Bauer *et. al.,* 1969). En 1962, Radulescu y Georgescu lo encontraron en Rumania en peces importados de China. En este mismo año, Fernando y Furtado lo encontraron en peces de Malasia (Singapur). Molnár en 1968, lo encontró en Hungría. En 1972 Otte *et. al.* lo encontraron en Austria; los peces se habían importado de Hungría. En 1974 se realizaron los siguientes hallazgos: Körting, lo encontró en centros ciprinícolas de Alemania Occidental; en Nueva Zelandia, Edwards y Hine lo hallaron en peces importados de Hong Kong. Karanikolov registra el parásito en Bulgaria. Panzyk y Zelazny lo registraron en Polonia. En 1975, Kezic *et. al.* encontraron el parásito en Yugoslavia y a fines de este mismo año, Hoffman lo encontró en Estados Unidos.

Conclusiones

La falta de exámenes parasitológicos ha provocado que la distribución de algunos parásitos se vea incrementada; uno de estos casos es el de *B.* (*Clestobothrium*) *acheilognathi,* que fue introducido junto con la carpa herbívora. La aclimatación del parásito ha sido facilitada debido a que solamente requiere un hospedero intermediario y, además, carece de especificidad tanto de hospedero definitivo como de intermediario.

La intensidad de infección en peces de Tezontepec, Hidalgo, es alta y por lo tanto la transferencia de estos peces a otros lugares debe ser restringida mientras no se apliquen los métodos de profilaxis. La parasitosis puede ser combatida mediante la desinfección de los estanques, que puede realizarse por secamiento, clorinación o encalamiento; el fondo del estanque (en caso de que sea de tierra) debe ser removido para facilitar la penetración del desinfectante y, así, destruir la totalidad de los huevos del parásito (Bauer *et. al.,* 1969). Los desinfectantes más usuales son el hipoclorito de calcio, hidróxido de calcio, cal viva y cloruro de calcio.

Los peces pueden ser desparasitados mediante el uso de antihelmínticos, los cuales pueden usarse de dos formas: mezclados con el alimento e introducidos en el estanque o por tratamiento individual. Los antihelmínticos más utilizados en otros países son el Phenasal, Phenothiazine, Kamala, Yomesan, Devermin, óxido di-n-butil de estaño y el dilaurato dibutil estanoso. Estas substancias se mezclan con un alimento seco, resultando una pasta que es colocada en los estanques. A los peces no se les debe dar de comer otra cosa uno o dos días antes del trata-

miento y durante el transcurso de éste, para asegurar que el pez coma el alimento con el antihelmíntico. La duración del tratamiento varía con la substancia a usar; Hoffman (1976) recomienda la aplicación de tres antihelmínticos durante tres días.

El tratamiento individual consiste en la introducción del antihelmíntico en el intestino del pez. La droga se mezcla con agua y se inyecta con una jeringa y un catéter suave que se introduce por la boca. Los más utilizados de esta forma son el felixan, kamala y phenasal (Bauer *et. al.*, 1969).

Se hace hincapié en la necesidad de exámenes cuidadosos de los peces que se hayan importado, así como de aquéllos que vayan a transferirse a otros cuerpos de agua. Los peces importados deben pasar por una temporada de cuarentena para, así, evitar la diseminación de parásitos. Se debe de poner especial cuidado en la profilaxis, desinfectando muy bien los estanques.

Agradecimientos

Agradezco al M. en C. Rafael Lamothe-Argumedo el asesoramiento y la revisión del manuscrito, a los Dres. Hoffman, Grizzle y Molnár por el envío de sus trabajos. Al Biól. Ricardo Juárez por las facilidades brindadas en la colecta del material, así como al Biól. David Osorio por su ayuda en la realización del presente trabajo.

LITERATURA CONSULTADA

AGAPOVA, A. I., 1964. Changes in the parasitofauna of fishes acclimatized in Kazakhstan. *In:* Ergens, R. & Rysavy, B. (Editors), *"Parasitic worms and aquatic conditions"*. Proceedings of symposium, Prague, Oct. 29-Nov. 2, 1962. Prague: Czechoslovak Academy of Sciences, pp. 39-44. (Discussion pp. 44-45).

BAER, J. C., et A. FAIN, 1958. *Bothriocephalus* (*Clestobothrium*) *kivuensis* n. sp. cestode parasite d' un barbeau du Lac Kivu. *Annls. Soc. r. zool. Belg.* T. *88*:287-302.

BAUER, O. N., and G. L. HOFFMAN, 1976. Helminth range extension by translocation of fish. *Proc. Int. Conf. Wildl. Dis* (*Wildl. Dis. Assoc.*) *3*(1975):163-172.

——, V. A. MUSSELIUS, and YU A. STRELKOV, 1969. *Diseases of Pond Fishes*, pp. 115-122. Israel Program for Scientific Translations, Jerusalem.

HOFFMAN, G. L., 1970. Intercontinental and transcontinental dissemination and transfaunation of fish parasites with emphasis on whirling disease. Pages 69-81. *In:* S. F. Snieszko, ed. *A symposium on Diseases of Fishes and Shellfishes*. Spec. Publ. Nº 5, American Fisheries Society, Washington, D. C. 526 pp.

——, 1976. The Asian tapeworm, *Bothriocephalus gowkongensis*, in the United States, and research needs in fish parasitology. *In: Proc. 1976 Fish Farming Conf. and Ann. Conv. Catf. Farmers of Texas*. Texas A & M Univ. College Station Tex. USA 84-90.

MOLNAR, K., 1968. *Bothriocephalus phoxini* sp. n. (Cestoda: Pseudophyllidea) from *Phoxinus phoxinus L. Folia Parasitologica. 14*:83-86.

——; E. MURAI, 1973. Morphological studies on *Bothriocephalus gowkongensis* Yeh, 1955 and *B. phoxini* Molnar, 1968 (Cestoda, Pseudophyllidea). *Parasit. Hung. 6*(6):99-108.

——, 1977. On the synonyms of *Bothriocephalus acheilognathi* Yamaguti, 1934. *Parasit. Hung. 10*:61-62.

ROSAS MORENO, M., 1976. *Peces dulceacuícolas que se explotan en México y datos sobre su cultivo.* Instituto Nacional de Pesca. S.I.C. / Subsecretaría de Pesca, 135 pp.

——. Reproducción natural de la carpa herbívora en México. *Ctenopharyngodon idellus.* Cyprinidae. *In: Mem. Symposium sobre Pesquerías en Aguas Continentales.* Del 3 al 5 de noviembre de 1976. Tuxtla Gutiérrez, Chis./Méx. Vol. *1*:1-28.

SCHMIDT, G. D., 1970. *How to know the tapeworms.* Wm. C. Brown Company Publishers. Dubuque, Iowa. USA 266 pp.

SCOTT, A. L., and J. M. GRIZZLE. Pathology of Cyprinid Fishes caused by *Bothriocephalus gowkongensis* (Cestoda: Pseudophyllidea). *Journal of Fish Diseases.* 2(1):69-73.

YAMAGUTI, S., 1934. Studies on the Helminth Fauna of Japan. Part 4. Cestodes of fishes. *Japan J. Zool.* 6(1):1-112.

——, 1959. *Systema Helminthum Vol. II. The Cestodes of Vertebrates.* Interscience Publishers, Inc., New York-London. 1-860.

YEH, S., 1955. On a new tapeworm *Bothriocephalus gowkongensis* n. sp. (Cestoda: Bothriocephalidae) from freshwater fish in China. *Acta Zool. Sinica,* 7:73-74.

ABREVIATURAS USADAS EN LAS FIGURAS

a	abertura de los botrios	p. g.	poro genital
b	botrios	p. u.	poro uterino
b. c.	bolsa del cirro	r. v.	reservorio vitelino
c. u.	conducto uterino	s. u.	saco uterino
g. M.	glándula de Mehlis	t	testículos
h	huevos	v	vagina
o	ovario	vd	viteloductos
ov	oviducto	vt	glándulas vitelógenas

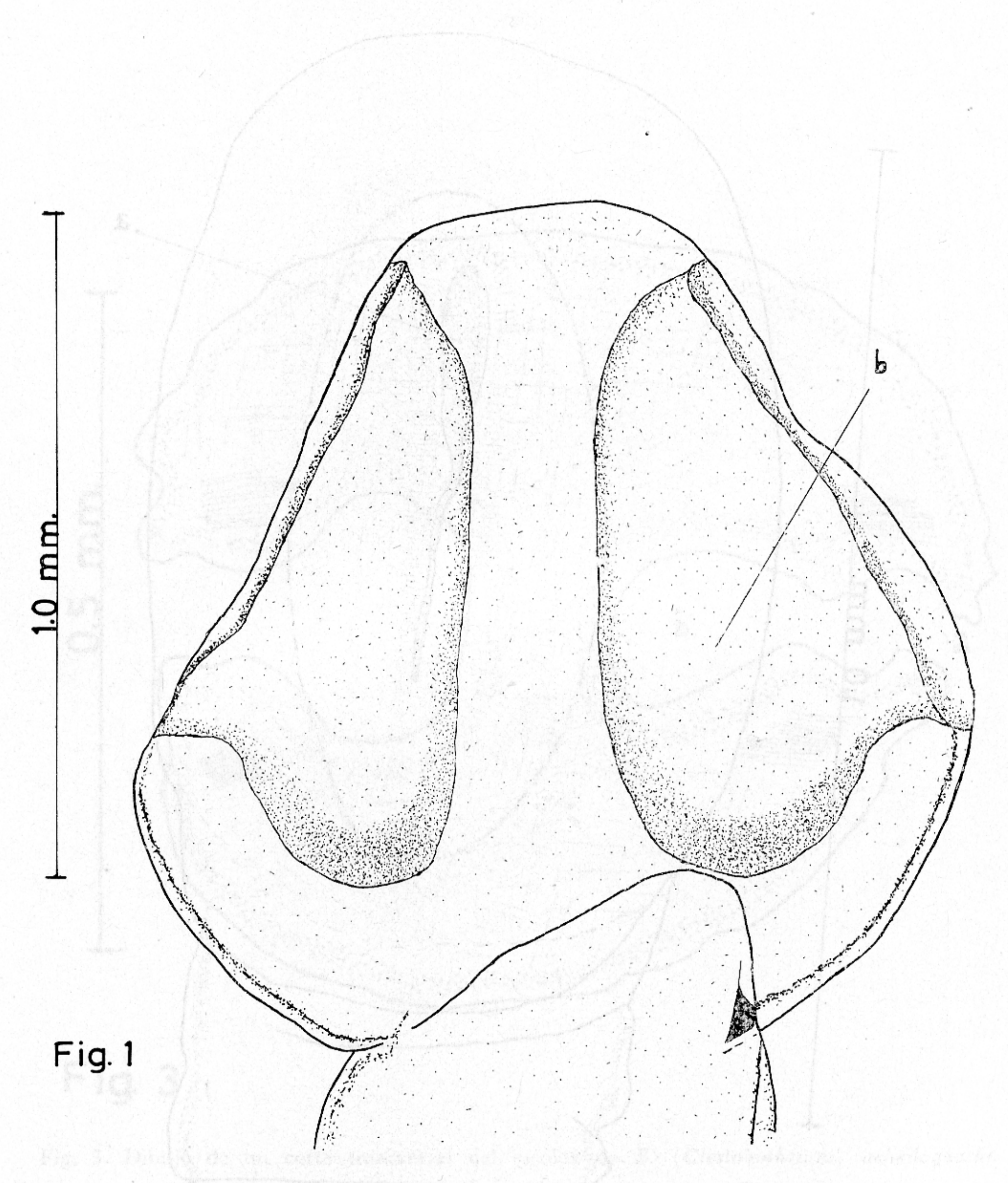


Fig. 1. Dibujo del escólex de *Bothriocephalus* (*Clestobothrium*) *acheilognathi.* Vista lateral.

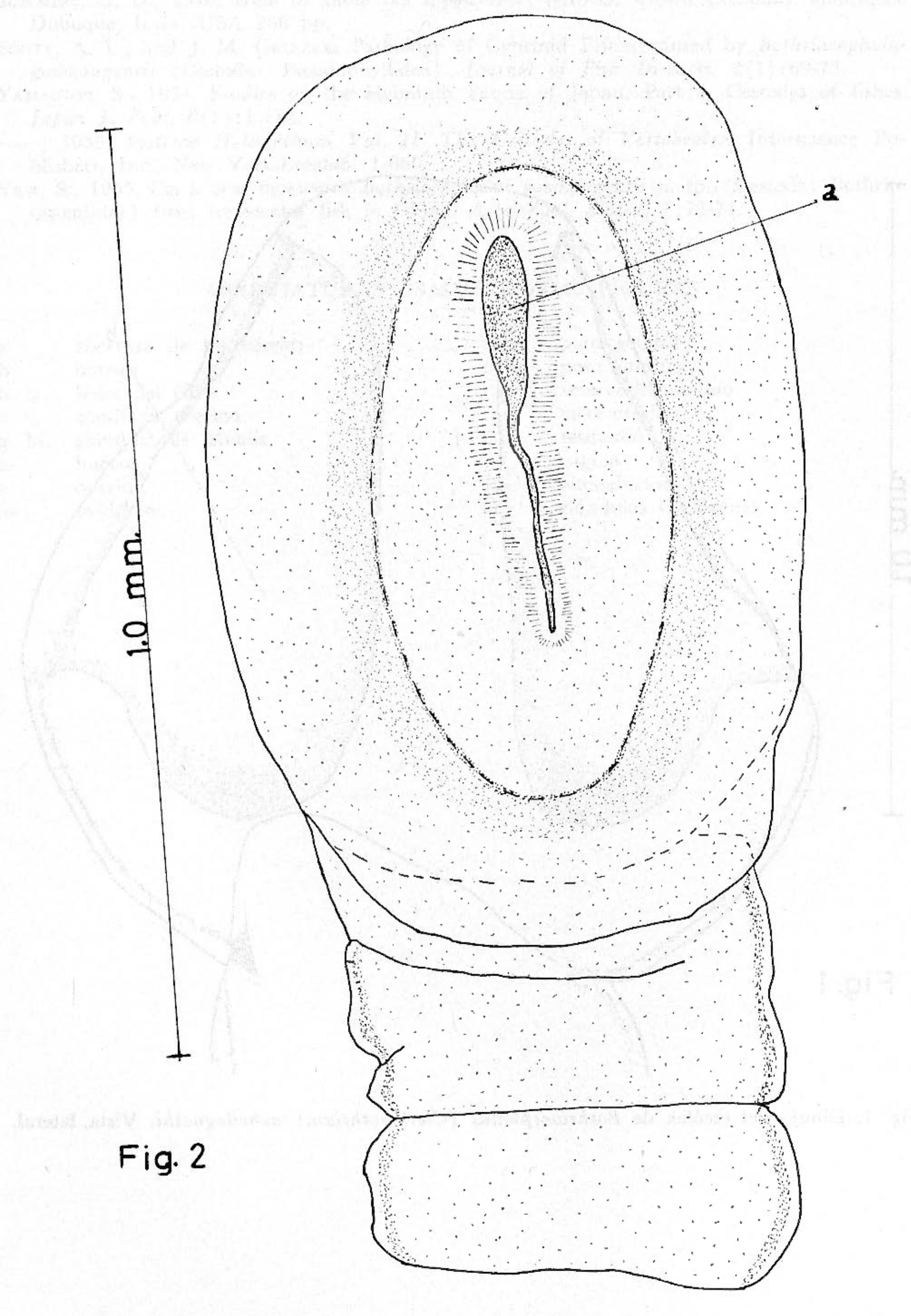


Fig. 2. Dibujo del escólex de *Bothriocephalus* (*Clestobothrium*) *acheilognathi.* Vista dorsoventral.

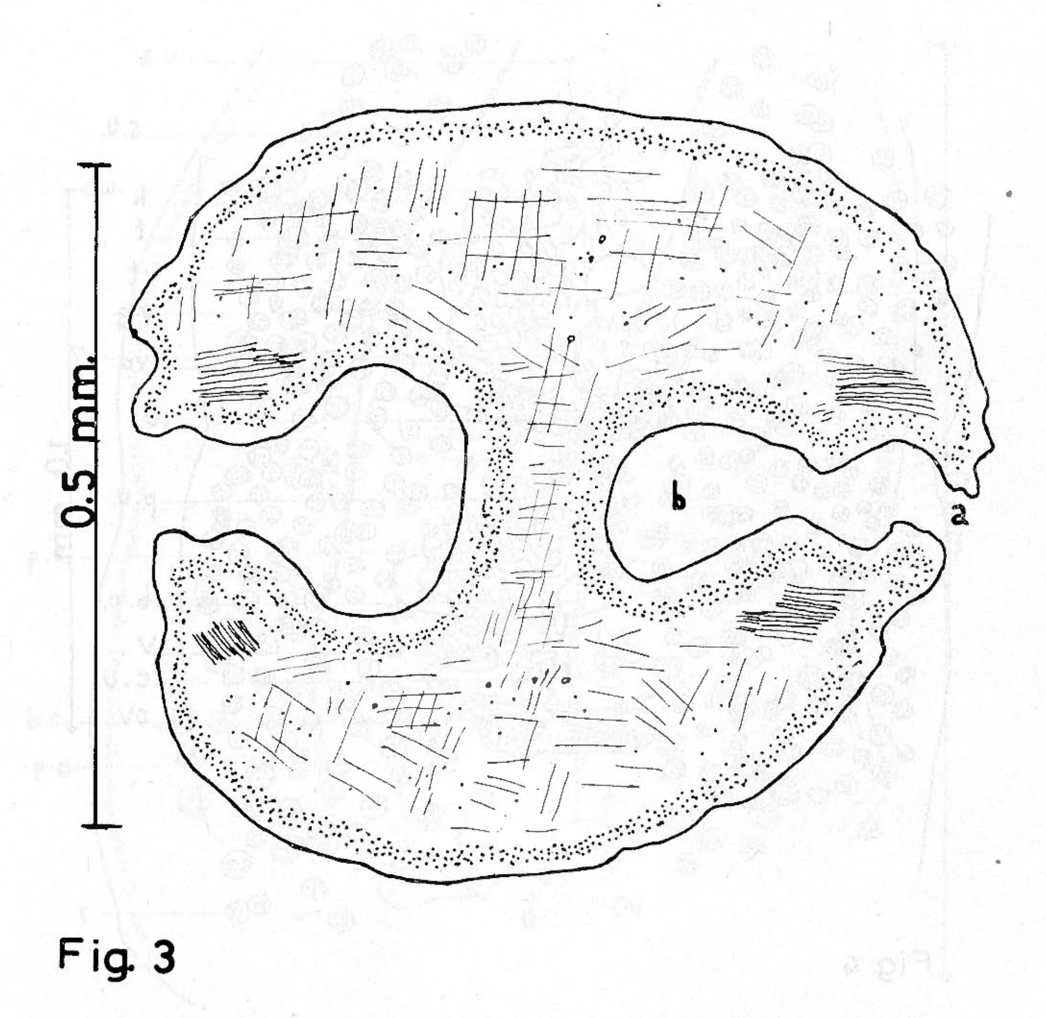


Fig. 3. Dibujo de un corte transversal del escólex de *B.* (*Clestobothrium*) *acheilognathi.*

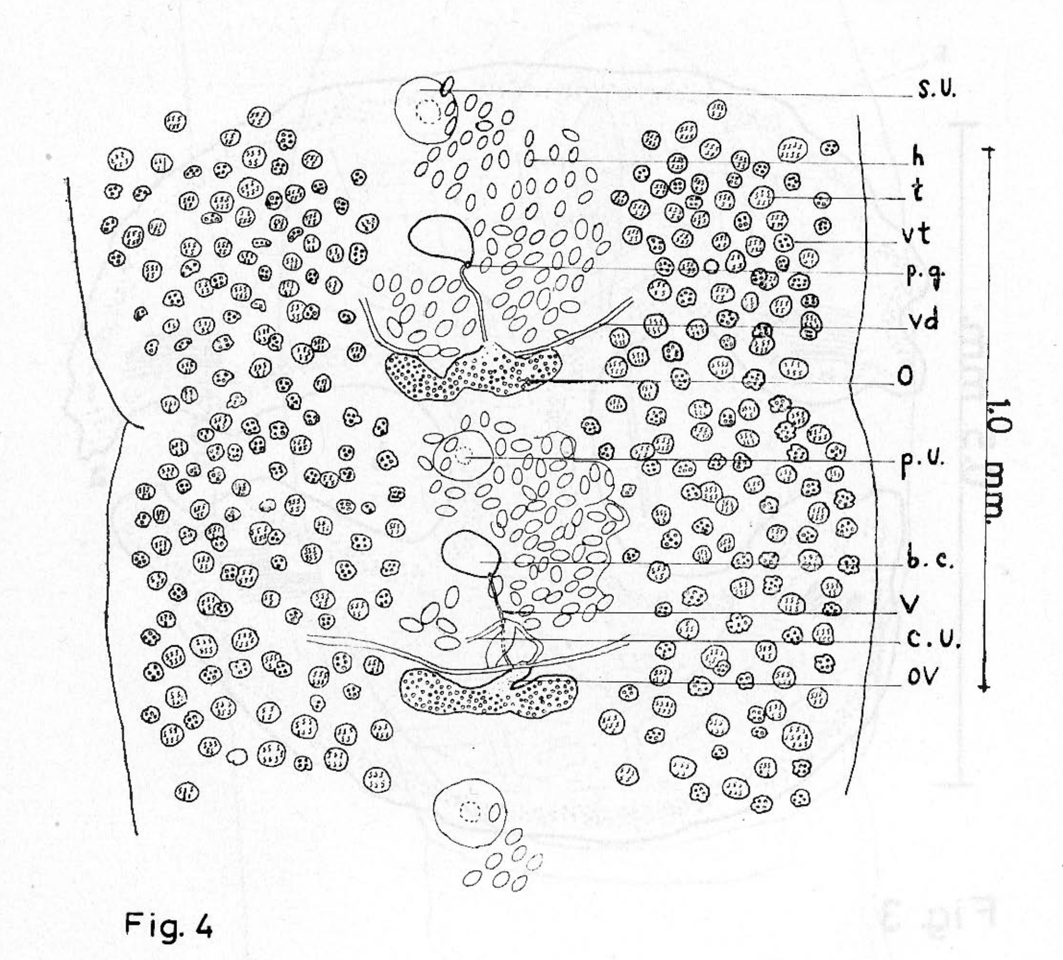


Fig. 4. Dibujo de proglotidios maduros de *B. Clestobothrium*) *acheilognathi*, vista dorsal.

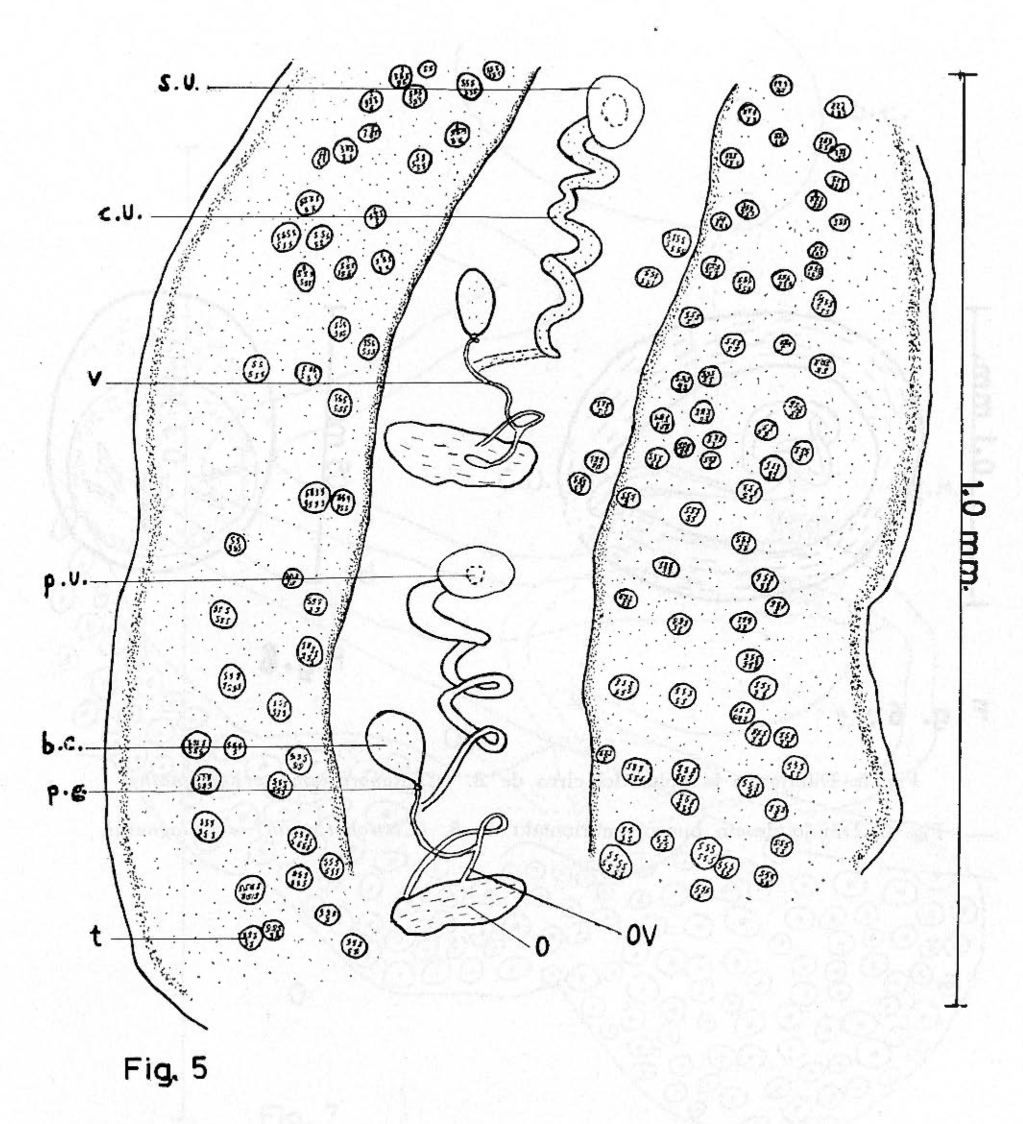


Fig. 5. Dibujo de proglotidios inmaduros de *Bothriocephalus* (*Clestobothrium*) *acheilognathi*, vista dorsal.

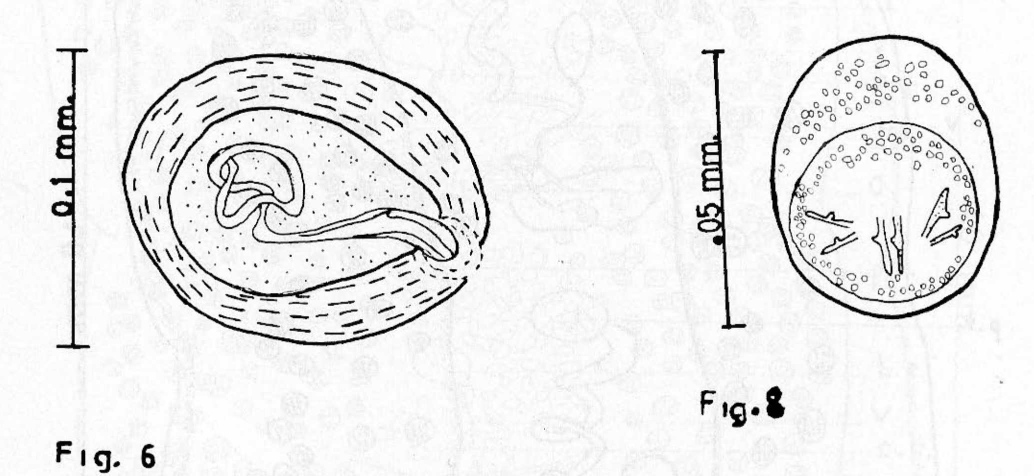


Fig. 6. Dibujo de la bolsa del cirro de *B.* (*Clestobothrium*) *acheilognathi.*

Fig. 8. Dibujo de un huevo embrionado de *B.* (*Clestobothrium*) *acheilognathi.*

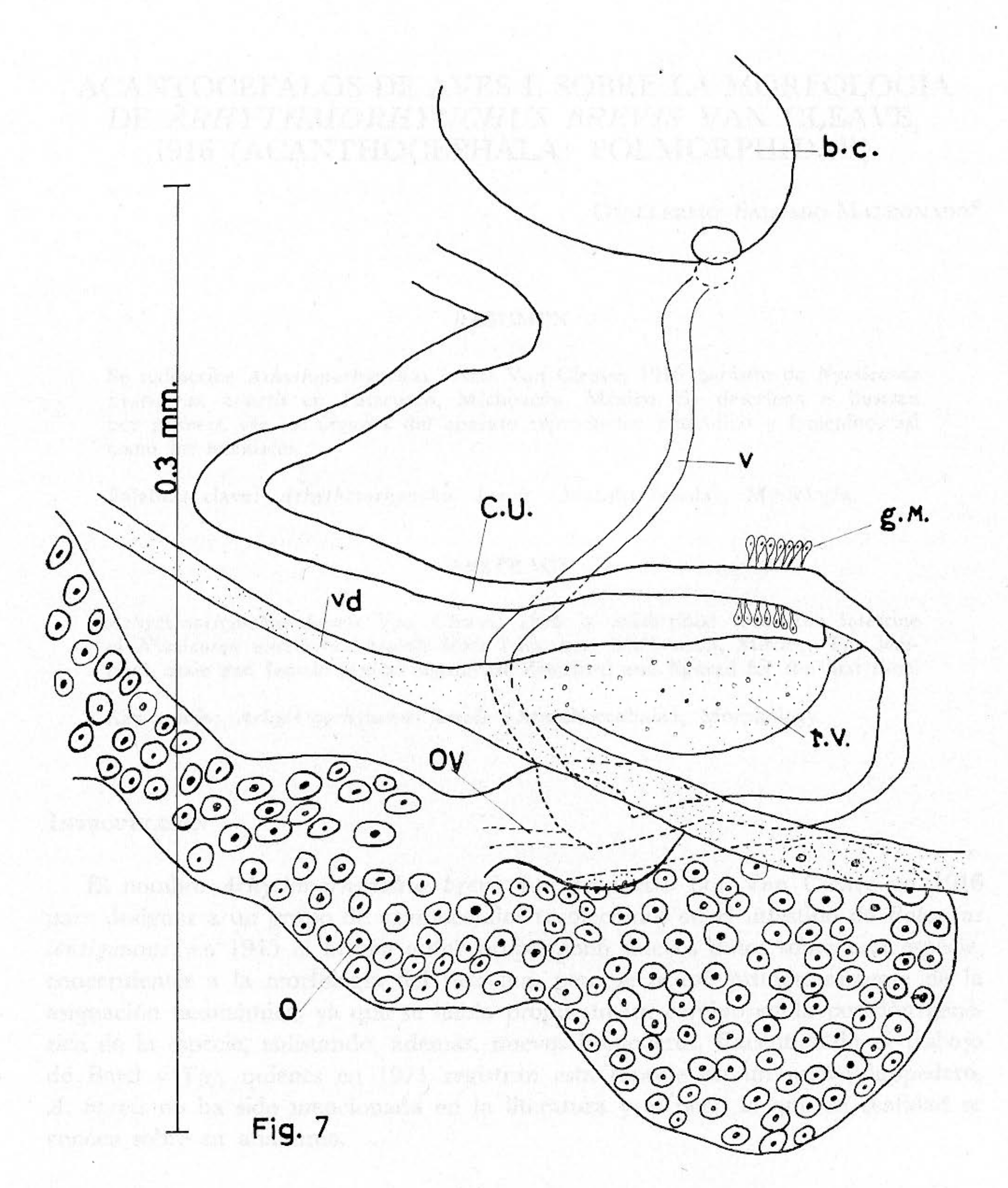


Fig. 7. Dibujo del aparato reproductor femenino de *B.* (*Clestobothrium*) *acheilognathi,* vista dorsal.